**PIDBA**
**Programa de Investigaciones de Biodiversidad Argentina**

---

# INSTRUCCIONES PARA LA PREPARACIÓN Y CONSERVACIÓN DE MAMÍFEROS

**M. MÓNICA DÍAZ**
**DAVID A. FLORES**
**RUBÉN M. BARQUEZ**

**Publicaciones Especiales, N° 1**
**1998**

# TABLA DE CONTENIDOS

INTRODUCCIÓN ........ 3
REGISTRO DE DATOS ........ 3
Diario ........ 3
Catálogo ........ 5
Planillas ........ 7
Datos Adicionales ........ 7
Lactancia ........ 7
Muda del Pelaje ........ 7
Ectoparásitos ........ 8
Endoparásitos ........ 8
Ambiente ........ 8
TAXIDERMIA ........ 8
Proceso Previo a la Taxidermia ........ 8
Etiquetas para Piel ........ 9
Etiquetas para Cráneo ........ 9
Registro de la Información en las Etiquetas ........ 10
Sexo y Condición Reproductiva ........ 10
Número de Catálogo ........ 10
Nombre del Colector ........ 10
Localidad ........ 11
Medidas Estándar ........ 11
Fecha de Captura ........ 12
Métodos de Preparación de Pieles ........ 12
Método de piel rellena ........ 13
Extracción de la piel ........ 13
Rellenado de la Piel ........ 16
Método de Piel Plana o Extendida ........ 18
Método de Piel Curtida ........ 19
Preparación de Cráneos y Esqueletos ........ 20
Limpieza con Insectos Derméstidos ........ 21
Limpieza con Hormigas ........ 22
Limpieza con Crustáceos Isópodos ........ 22
Limpieza por Ebullición ........ 22
Limpieza por Maceración ........ 22
Limpieza con Enzimas ........ 22
Preparación Final de Cráneos y Esqueletos ........ 23
Preservación de Ejemplares en Fluidos ........ 23
LA COLECCIÓN SISTEMÁTICA ........ 25
Preparación de Especímenes para Ingreso en una Colección ........ 25
Desinfección ........ 25
Identificación Sistemática ........ 27
Catalogado ........ 27

Formas de Adquisición de Material.................................................... 29
Almacenamiento y Mantenimiento....................................................... 32
Usos e Importancia de las Colecciones.............................................. 34
Pautas para el Funcionamiento de Colecciones Sistemáticas ........ 36
CONCLUSIONES ........................................................................... 37
AGRADECIMIENTOS.................................................................... 39
LITERATURA CITADA.................................................................. 40

## INTRODUCCIÓN

Las colecciones sistemáticas cumplen un rol de primordial importancia en la investigación científica. Numerosos problemas de carácter taxonómico, biogeográfico, ecológico, anatómico, evolutivo y genético, han sido resueltos con el estudio de ejemplares depositados en colecciones. Por estos motivos además de la importancia educativa y de exhibición (Schlitter, 1984), las colecciones constituyen un patrimonio no renovable y una fuente inagotable de información, insustituible para un adecuado conocimiento de la fauna. La urgencia para conocer y proteger la biodiversidad hace cada vez más necesaria una evaluación del estado de conocimiento de los grupos que la componen y de su distribución en los distintos biomas y regiones (Christie, 1994). Cada ejemplar depositado en una colección sistemática, constituye una prueba irrefutable de la presencia de la especie en un lugar y momento dado (Mares *et al.*, 1989).

Para optimizar la utilidad de una colección sistemática, es importante que cada uno de los ejemplares depositados en ella, cuente con la mayor cantidad posible de información que pueda servir de apoyo a diferentes líneas de investigación. De esta manera es fundamental la adopción de un criterio estandarizado en la toma de los datos, métodos de preparación y preservación, por parte de coleccionistas, investigadores y responsables del mantenimiento de las colecciones, lo que constituye el objetivo de este trabajo.

## REGISTRO DE DATOS

El empleo de una metodología estandarizada para registrar información, tiene como objetivo principal que los datos obtenidos por un coleccionista, puedan ser comparables con los de otros. La omisión de ciertas referencias puede disminuir el valor potencial del material colectado o hacerlo poco útil para ciertos estudios, por ejemplo impedir o dificultar el desarrollo de análisis taxonómicos o biogeográficos. Los instrumentos principales de registro de datos para todo coleccionista e investigador son el *diario* de notas y el *catálogo* de especímenes colectados. Adicionalmente, los investigadores utilizan *planillas* para anotar información particular referida al proyecto de estudio.

***Diario*:** es un cuaderno de anotaciones diarias (Fig. 1) de las observaciones realizadas por el coleccionista o investigador. Para escribir estas anotaciones debe utilizarse tinta permanente para minimizar su deterioro con el paso del tiempo y el efecto de factores ambientales adversos. En el diario se registra la ubicación exacta de la localidad de colecta o sitio de

estudio, la metodología empleada, número y tipo de trampas colocadas, ambientes muestreados, especies capturadas, condiciones climáticas, observaciones sobre la fauna y la flora y todos aquellos aspectos que parecieran relevantes, a criterio del investigador, para el estudio que esté desarrollando. Este tipo de diario acompañará al investigador en cada viaje que realice a lo largo de toda su vida, y debería, finalmente, ser depositado en el museo que haya recibido la mayor parte de sus colecciones (Nagorsen y Peterson, 1980).

La Rioja, Cuesta de la Cébila, 4 km NW Chumbicha, sobre Ruta 60 28° 50´S 66° 24´W

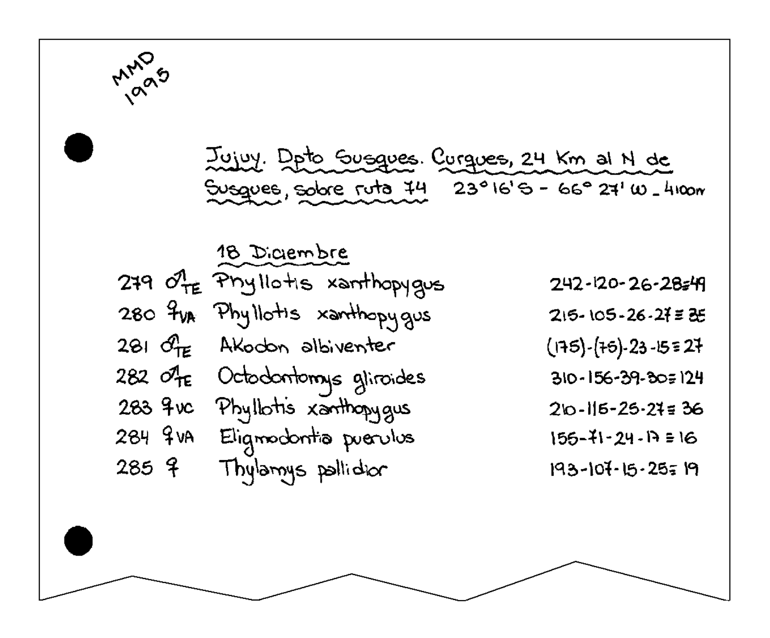
25 de Setiembre de 1995

Salimos con M. M. Díaz, N. Giannini y D. Flores. Estamos en las Sierras de Ambato, una zona de vegetación de tipo chaco serrano. Pasando Chumbicha, provincia de Catamarca, doblamos a la derecha por la Ruta 60 que atraviesa la sierra y a unos cuatro kilómetros encontramos este sitio donde decidimos acampar, porque se hacia tarde para colocar trampas. Alcanzamos a armar un campamento para pasar la noche y colocar 120 trampas Sherman cebadas con avena seca. Osbservamos una gran cantidad de picaflores y las plantas mas comunes son el Palo Borracho, Prosopis, Palmas y Cereus.

26 de Setiembre 120/2

Solo capturamos dos roedores sobre 120 trampas. Se trata de Akodon glaucinus, especie cuya localidad tipo se encuentra muy cercana a este sitio.

**Fig. 1**


MMD
1995

Jujuy. Dpto Susques. Curques, 24 Km al N de Susques, sobre ruta 74 23° 16' S - 66° 27' W - 4100m

18 Diciembre

| | | | |
|---|---|---|---|
| 279 | ♂ TE | Phyllotis xanthopygus | 242-120-26-28=49 |
| 280 | ♀ VA | Phyllotis xanthopygus | 215-105-26-27=35 |
| 281 | ♂ TE | Akodon albiventer | (175)-(75)-23-15=27 |
| 282 | ♂ TE | Octodontomys gliroides | 310-156-39-30=124 |
| 283 | ♀ VC | Phyllotis xanthopygus | 210-115-25-27=36 |
| 284 | ♀ VA | Eligmodontia puerulus | 155-71-24-17=16 |
| 285 | ♀ | Thylamys pallidior | 193-107-15-25=19 |

**Fig. 2**

***Catálogo***: es una carpeta en la que se listan, en forma correlativa, a los ejemplares capturados y preparados. Como el diario de notas, debe estar construido de materiales resistentes a las variaciones ambientales y al efecto de factores de deterioro como la lluvia o el sol; las hojas deben ser de papel de alta resistencia, preferentemente de algodón, y para la escritura deben utilizarse tintas indelebles. En el catálogo se indica la localidad de captura lo más exactamente posible y la fecha de colecta de los ejemplares. A continuación, para cada localidad y fecha, se anotan los ejemplares colectados, indicando el número de cada uno de ellos, sexo, condición reproductiva, género y especie y medidas estándar, como se indica en la Fig. 2. Estos datos se escriben en una sola cara de la hoja del catálogo. Adicionalmente, en el ángulo superior izquierdo de cada hoja, deben anotarse las iniciales del propietario del catálogo y el año. El reverso de cada hoja se utiliza para anotar datos adicionales de los ejemplares catalogados, como muda, presencia de parásitos, número y tamaño de fetos, extracción de tejidos, realización de cariotipos y tipo de preservación, entre otros.

**Programa de Investigaciones de Biodiversidad Argentina**
**Datos de Campo**

(1) N° catálogo PIDBA ______
(2) N° Catálogo CML ______
(3) Localidad ______
(4) Día ______ (5) Mes ______ (6) Año ______ (7) Altitud ______
(8) sexo ______ (9) Género ______ (10) Especie ______
(11) Preparador ______
(12) LT ______ (13) C ______ (14) P ______ (15) O ______ (16) AB ______
Peso: (17) total ______ (18) estómago ______ (19) tracto reprod. ______
(20) Tipo de prep.: Piel / Piel y cráneo / Piel y esqueleto / Cuerpo en alcohol / Cráneo solo / Esqueleto solo / Alcohol
(21) Colector ______ (22) N° del Colector ______
(23) Método de Colecta ______
(24) Hora de Colecta ______
HABITAT
(25) Descripción general ______
(26) Formas de vida: árboles pastos matas arbustos cactus rocas termiteros
(27) Dominantes ______
(28) Subordinados ______
(29) Cobertura % 0-25 26-50 51-75 76-100
(30) Altura de las especies dominantes ______
(31) Vecinos inmediatos (2 m) ______
(32) Suelos ______ Tipo ______ Color ______ Textura ______
FACTORES CLIMATICOS
(33) Temperatura ______ (34) Hora ______ (35) Max ______ (36) Min ______
(37) Precip.: Lluvia Lluvia Nieve Rocío Niebla
(38) Humedad: Bulbo Húmedo ______ Bulbo Seco ______ (39) Humedad Relativa ______
(40) Cobertura de nubes: AM ______ PM ______
(41) Viento: AM ______ PM ______
(42) Fase Lunar 1/4 1/2 3/4 1
(43) salida del Sol ______
(44) Puesta del Sol ______

REPRODUCCION
Machos. Testículos: (45) Long. ______ (46) Ancho ______ (47) Peso ______
(48) Vesículas seminales chicos medianos grandes
Hembras. Embriones: (49) Derecha ______ (50) Izquierda ______
(51) Long. cabeza-rabadilla
(52) Embriones: conservados descartados
(53) Cicatrices placentales Derecha ______ Izquierda ______
(54) Cuerpo lúteo Derecha ______ Izquierda ______
(55) Vagina: inactiva cornificada turgente
(56) Desarrollo mamario: pequeño grande lactando
(57) Abertura de Vagina: cerrada abierta
(58) Estado Reproductivo: nulípara primípara multípara
Comentarios: ______

COLECTAS ESPECIALES
(59) Ectoparásitos ______ (60) Endoparásitos ______ (61) Esperma ______
(62) Cromosomas: meiótico mitótico
(63) Tejidos ______ (64) Suero ______ (65) Hemoglobina ______
(66) Contenido estomacal
(67) Heces ______ (68) Nidos ______
EDAD
(69) Basada en: ______ Juvenil ______ Subadulto ______ Adulto ______
COMENTARIOS GENERALES ______
MUDA DEL PELAJE

**Lámina 1**. Modelo planilla de datos de campo del PIDBA

Algunos investigadores o museos utilizan catálogos especiales donde se registra la mayor parte de la información de cada ejemplar colectado. Un modelo de estos catálogos especiales se puede observar en la Lámina 1.

LOCALIDAD ____________________

AMBIENTE ____________________

| FECHA | ESPECIE | PESO | SEXO | CONDICION REPRODUCTIVA | ECTOPARASITOS | AB | OBSERVACIONES |
|---|---|---|---|---|---|---|---|
| | | | | | | | |
| | | | | | | | |
| | | | | | | | |
| | | | | | | | |
| | | | | | | | |
| | | | | | | | |
| | | | | | | | |
| | | | | | | | |

**Fig. 3**

***Planillas***: se utilizan para registrar información adicional sobre los ejemplares capturados en un sitio de estudio, cuando no son colectados y que constituyen parte de un estudio ecológico o de otra índole que no requiere la colecta de los especímenes. Las planillas (Fig. 3) son variables y en general son diseñadas por el investigador, para incorporar información particular que depende del tipo de estudio; sin embargo, en ellas siempre se registra la localidad, fecha de captura, género y especie, peso y sexo.

## *Datos Adicionales*

***Lactancia:*** durante la estación de cría las glándulas mamarias pueden estar agrandadas. En los murciélagos las mamas se encuentran debajo de las axilas, mientras que en roedores y marsupiales se ubican ventralmente a manera de hileras paralelas o en círculo, en número variable. La lactación se define como la secreción de leche; se usan 3 criterios para determinar la lactancia:

1) por observación directa de las crías amamantándose; en marsupiales es posible observar hembras con crías adheridas a las mamas.
2) por extracción de leche de las mamas.
3) por la acumulación de tejido mamario.

En las notas de campo el coleccionista debe indicar la condición observada (Nagorsen y Peterson, 1980).

***Muda del pelaje***: el estado de muda del pelaje es graficado por los coleccionistas una vez removida la piel del ejemplar que se taxidermiza. La muda se grafica sombreando en un esquema del cuerpo del animal la zona que está cambiando pelaje (Fig. 4), que se manifiesta en el lado

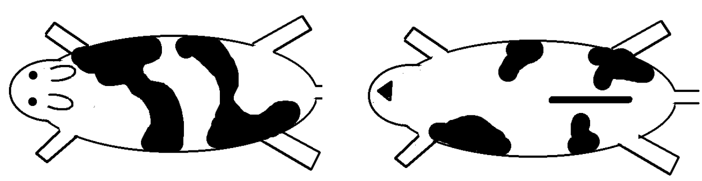


**Fig. 4**

interno de la piel como manchas melánicas. Estas zonas también se pueden observar externamente en ejemplares vivos y pieles taxidermizadas, mediante una examinación cuidadosa de pelaje, debido a la diferencia de textura y longitud de los pelos en el área de muda.

***Ectoparásitos***: comúnmente los roedores y murciélagos poseen ectoparásitos. Estos pueden ser insectos o arácnidos. La colecta se realiza cuidadosamente tratando de extraer la totalidad de los ejemplares que se encuentran en el pelaje del mamífero. El método más sencillo de extracción es por medio de una pinza de punta fina o de un pincel humedecido en glicerina. Los ectoparásitos se colocan en frascos con una mezcla de 75% de alcohol, 5% de glicerina y 20% de agua destilada, identificados con el número de catálogo del mamífero al que pertenecen, localidad y fecha de captura. Es importante anotar en el catálogo la cantidad y la identidad, si fuera posible, de los ectoparásitos preservados.

***Endoparásitos***: los endoparásitos que con mayor frecuencia se encuentran en mamíferos son helmintos (tremátodos, céstodos y nemátodos); éstos se localizan principalmente en el tracto digestivo, pero también en otros órganos e inclusive en los músculos. Una vez extraídos deben preservarse en alcohol al 70%, con los mismos datos que se consideran para los ectoparásitos.

***Ambiente***: también es importante registrar el ambiente donde se obtuvo el ejemplar, si fue capturado bajo rocas, cerca de cursos de agua, pastizales, etc., con el objeto de inferir sobre su microhábitat.

## TAXIDERMIA

### Proceso Previo a la Taxidermia

En el caso de ser necesario el sacrificio de un animal éste debe ejecutarse con rapidez y eficiencia, minimizando el sufrimiento del ejemplar colectado. Normalmente los pequeños mamíferos son sacrificados mediante paro cardio-respiratorio por presión en la zona pectoral o por dislocación cervical, por ser un método rápido que causa poco sufrimiento (Choate *et al.*, 1987). Algunos coleccionistas utilizan drogas como éter, dióxido de carbono o cloroformo para producir la muerte por adormeci-

miento seguido de paro cardíaco. El cloroformo no es recomendable por el riesgo que produce al hombre. Una vez sacrificado, el ejemplar debe ser medido, pesado y examinado para registrar, en el catálogo, la información inherente al mismo.

Antes de iniciar la taxidermia es necesario tener a mano etiquetas para piel y para cráneo o esqueleto. Ambos tipos de etiquetas son de papel resistente, de alta calidad y deben escribirse con tinta permanente. Las primeras tienen forma rectangular de aproximadamente 9x2 cm y las segundas son redondas de aproximadamente 2 cm de diámetro.

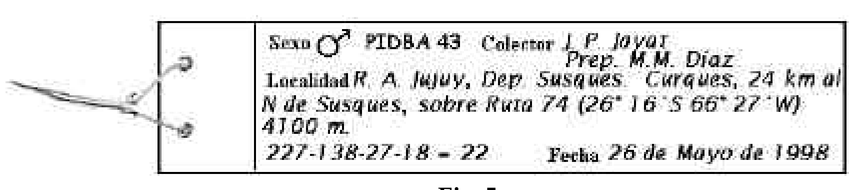



**Fig. 5**

***Etiquetas para piel***: en éstas se registra, en el orden que se indica: el sexo y condición reproductiva, número de catálogo, nombre del colector, localidad de captura, medidas estándar y fecha de captura del ejemplar (Fig. 5). Una vez anotados los datos se ajusta la etiqueta, antes de comenzar el proceso de taxidermia, al tobillo de la pata derecha del ejemplar, asegurándola con un nudo cuadrado (Fig. 6) para evitar que se desprenda.

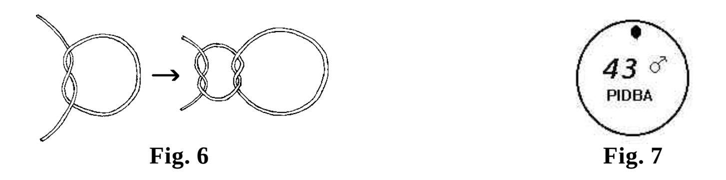



**Fig. 6** **Fig. 7**

***Etiquetas para cráneo***: inmediatamente separado de la piel, el cuerpo se identifica mediante una etiqueta para cráneo (Fig. 7), que se coloca en la mandíbula en los micromamíferos, y en el arco zigomático en especies de mayor tamaño. Esta etiqueta lleva el número de la piel del ejemplar al que pertenece; además se escriben las iniciales del propietario del catálogo y el sexo del ejemplar. Estas etiquetas también se utilizan para los esqueletos completos y para ejemplares que se conservarán en fluidos, embriones, contenidos estomacales, etc. (De Blase y Martin, 1974).

## Registro de la Información en las Etiquetas

Una etiqueta tipo con la información estandarizada se puede observar en la Fig. 5. Los datos que necesariamente deben registrarse son los siguientes:

***Sexo y condición reproductiva***: en el ángulo superior izquierdo de la etiqueta se registra el sexo con la simbología tradicional para macho y para hembra (Fig. 8). Al lado del sexo se agrega la condición reproductiva observada. El sexo y condición reproductiva son determinados por examinación de la genitalia externa. La determinación del estado reproductivo puede resultar confusa en período no reproductivo de la especie, o en el caso de ejemplares que no han alcanzado la madurez sexual. La diferencia más notable entre sexos se manifiesta en la distancia entre el ano y los genitales, que es mayor en los machos que en las hembras (Fig. 8).

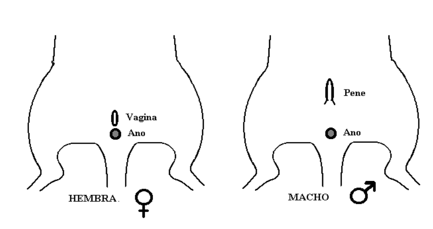


**Fig. 8**

Para los machos se registra la posición de los testículos: abdominales (TA) o escrotales (TE). En la primera condición, en ejemplares juveniles y adultos en período no reproductivo, los testículos permanecen en la cavidad abdominal y no se observan externamente.

En el otro caso los testículos han descendido totalmente a la bolsa escrotal y se observan en adultos durante el período reproductivo. En el caso de los marsupiales los testículos son siempre escrotales. En las hembras se examina la condición de la vagina: cerrada (VC) en jóvenes y adultas en períodos no reproductivos y vagina abierta o perforada (VA) en hembras adultas en reproducción.

***Número de catálogo***: el número de catálogo se anota a continuación de la indicación del sexo y condición reproductiva. En el caso que el catálogo pertenezca a una persona, se escriben sus iniciales precediendo el número correspondiente al ejemplar preparado. Si se utilizan catálogos institucionales, de programas de investigación o de proyectos particulares, el número del ejemplar es precedido por el acrónimo correspondiente. En el ejemplo de la Fig. 5 se muestra el acrónimo de un programa de investigaciones.

***Nombre del colector***: en el ángulo superior derecho de la etiqueta se escriben las iniciales del nombre y el apellido completo del coleccionista.

Debajo se anotan las iniciales y el apellido completo del preparador, si es diferente del colector.

***Localidad***: la localidad de captura es de fundamental importancia para la mayoría de los estudios. Ésta debe ser tan precisa como para permitir que otro investigador o coleccionista pueda regresar exactamente al mismo sitio en virtud de las referencias de la etiqueta. La indicación de la localidad incluye país, provincia o estado, departamento y ubicación exacta del sitio de colecta, en relación a un punto geográfico permanente de referencia. En los últimos tiempos, la accesibilidad a posicionadores satelitales facilita la inclusión de datos precisos sobre latitud, longitud y altitud de cada sitio de colecta.

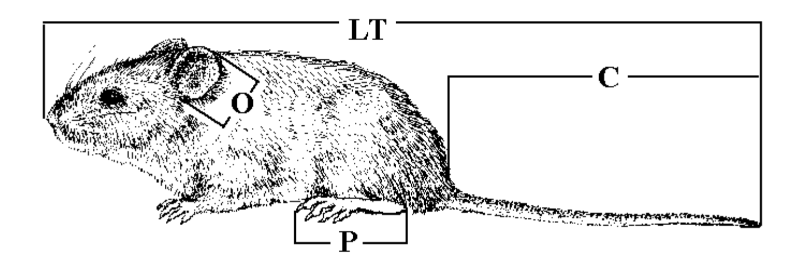



**Fig. 9**

***Medidas estándar***: éstas se anotan en el ángulo inferior izquierdo de las etiquetas. Es inevitable que durante el proceso de remoción la piel se estire, y que hasta alcanzar su secado definitivo se contraiga. Como consecuencia, el ejemplar taxidermizado difícilmente mantenga el tamaño exacto del ejemplar vivo. Sin embargo, se recomienda que la piel rellena mantenga lo mejor posible, una vez seca, las dimensiones reales del espécimen. El tamaño y las proporciones son de gran importancia para la identificación en muchos mamíferos, de manera que un conjunto de medidas estándar deben ser tomadas antes de la extracción de la piel (De Blase y Martin, 1974), como se muestra en la Fig. 9. Estas medidas se expresan en milímetros y son: ***Longitud total*** (LT): distancia en línea recta desde el extremo anterior del hocico hasta la última vértebra de la cola, excluyendo los pelos. En las especies que no tienen cola la medida se toma hasta el extremo posterior del cuerpo, lo que no incluye al uropatagio en los murciélagos; ***cola*** (C): distancia desde el punto de inserción de la cola al cuerpo, hasta la última vértebra caudal; ***pata posterior*** (P): distancia desde el talón hasta el extremo anterior del dedo más largo del pie, incluyendo la uña; ***oreja*** (O): distancia desde las escotadura basal y el extremo distal del pabellón auricular. Otra medida, el ***peso*** (Pe), expresado

en gramos, también se incluye en la etiqueta y se escribe a continuación de las medidas en milímetros, separada por tres guiones horizontales. De este modo el orden de las medidas estandarizadas que se anotan en las etiquetas son: LT-C-P-O≡Pe, respetando el orden indicado. Obsérvese que la separación de medidas con ≡ indica la diferencia de unidad de medida.

Numerosos problemas se han planteado históricamente en relación a la falta de aplicación o uso de las medidas estándar. Como consecuencia, es recomendable aplicar los lineamientos estándar internacionales y en el caso de ser necesarias otras medidas, deben anotarse en el catálogo, no en las etiquetas, a menos que se indique con claridad a que corresponden.

En quirópteros se anota aparte en la etiqueta la medida del antebrazo. Medidas adicionales como la longitud del trago o envergadura alar en quirópteros, o la longitud de la pata sin uña en roedores, deben escribirse en el catálogo en la hoja de información adicional de los ejemplares.

Si alguna de las partes del ejemplar estuvieran rotas, la medida correspondiente debe escribirse entre paréntesis. Si se está midiendo una especie que carece de cola, se anota 0 en lugar correspondiente a esta medida. Por ejemplo, para un ejemplar sin cola sería 122-*0*-25-22≡*30*; para un ejemplar que mide de longitud total 150 mm pero le falta el extremo de la cola sería (150)-(35)-30-25≡40. Los valores entre paréntesis indican que la longitud total y la de la cola, son medidas aproximadas. Sin embargo, restando la cola de la longitud total, la longitud de cabeza y cuerpo (frecuentemente usada en sistemática) es real. Algunos coleccionistas registran, en lugar de longitud total, la longitud de cabeza y cuerpo. Lo mismo sucede con la longitud de la pata, para la que los mastozoólogos norteamericanos incluyen las uñas mientras los europeos las omiten.

***Fecha de captura***: La fecha se anota en el ángulo inferior derecho de la etiqueta. Debe escribirse sin abreviar para evitar interpretaciones erróneas, por ejemplo *6 de marzo de 1996* y nunca *06/03/96* o *03/06/96*. Tampoco deben utilizarse los dos últimos dígitos para indicar el año.

## Métodos de Preparación de Pieles

Antes de comenzar el proceso de taxidermia el colector debe asegurarse de tener todos los elementos necesarios para completarlo satisfactoriamente. Los elementos imprescindibles son los siguientes: lapicera de tinta indeleble, regla milimétrica o calibre, balanza, etiquetas de piel y de cráneo, tijeras, pinza de punta fina, maíz molido o aserrín, alambre, hilo y aguja, algodón, alfileres, planchas de secado y cepillo.

Los métodos más empleados para taxidermizar pieles para colecciones sistemáticas son: piel rellena, piel plana y piel curtida.

## *Método de Piel Rellena*

Es el método más utilizado e intenta conservar el aspecto natural del animal sin llegar a la taxidermia artística o de pedestal.

Los ejemplares preparados mediante este método pueden ser preservados para siempre con un cuidado posterior apropiado; por otro lado este tipo de preparación conserva caracteres importantes para la identificación de las especies y las partes propuestas en la morfometría (Williams y McCarthy, 1984).

***Extracción de la Piel***: el primer paso consiste en realizar una incisión de la piel, en la línea media del vientre, por delante de la genitalia hasta el

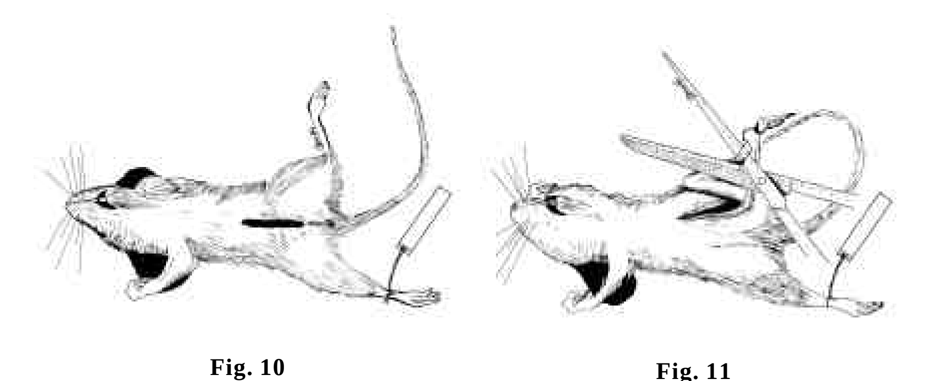


**Fig. 10** **Fig. 11**

esternón, teniendo cuidado de no cortar la musculatura abdominal (Fig. 10). Con ayuda de una pinza de punta fina se separa la piel de la musculatura hasta alcanzar las patas posteriores. Con la pinza se extraen las patas hacia afuera de la piel, y se cortan a nivel del tobillo (Fig. 11).

Si se desea conservar el esqueleto completo, una de las patas permanecerá en la piel y la otra en el esqueleto. En este último caso, para dejar los huesos de la pierna en el esqueleto, se corta la piel circundando la pierna y se separa ésta del resto de la piel (Hafner, 1984; Miller, 1932).

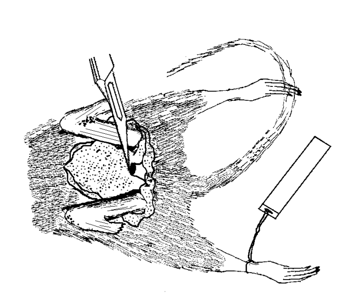


Fig. 12

Posteriormente se cortan los conductos genitales y anal, y recién se continúa con la extracción de la piel (Fig. 12). En los machos se deja la bácula en la piel, ya que ésta puede ser utilizada como carácter sistemático. Si la bácula va ser utilizada para su estudio de manera inmediata, se remueve el pene y se coloca en glicerina 100%, en formol 10% o en alcohol 70% (Nagorsen y Peterson, 1980).

Una vez cortados los conductos anal y genitales, se separa la cola de la piel tomándola, con una pinza o con las uñas, por la base de la parte ósea, y replegando suavemente para separarla del hueso (Fig. 13). En los murciélagos el proceso general de taxidermia se simplifica si se extrae primero la cola y posteriormente se cortan los huesos de las patas a la altura de la articulación del fémur con la pelvis (Williams y McCarthy, 1984). En murciélagos de mayor tamaño se eliminan los músculos del fémur. En algunos marsupiales, la grasa almacenada en la cola durante el período invernal representa un serio inconveniente para su preparación, ya que la grasa se dispersa perjudicando seriamente el resto de la piel, aumentando las posibilidades de ser atacada por pestes durante su almacenamiento. Para minimizar este problema se elimina la totalidad de grasa acumulada, haciendo un corte longitudinal a lo largo de toda la cola y extrayendo la grasa mediante raspado con un bisturí, con la precaución de no manchar la piel.

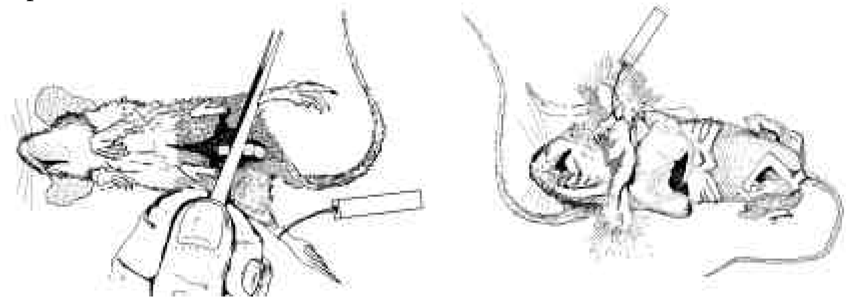


Fig. 13

Fig. 14

Una vez separada la parte posterior de la piel, se desprende el resto "desenfundándola" hasta llegar a las patas anteriores (Fig. 14); aquí se procede del mismo modo que con las patas posteriores, pero el corte se hace a nivel de las muñecas. En murciélagos se conserva el antebrazo en la piel, ya que tiene importancia sistemática y el corte se efectúa a nivel de la articulación del húmero con la cintura escapular.

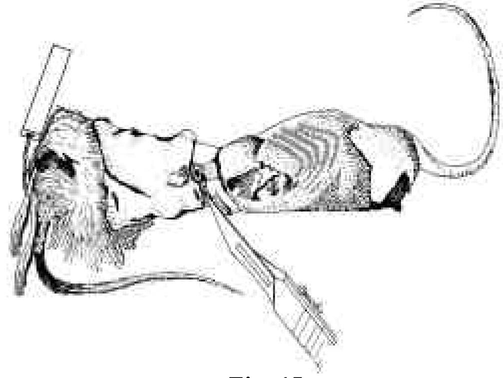


**Fig. 15**

Una vez separadas las extremidades se debe desprender la piel de la cabeza, lo que requiere especial cuidado. Las orejas se separan mediante un corte en la parte cartilaginosa de la base muy cerca del cráneo (Fig. 15); igual procedimiento se sigue con los ojos (Fig. 16).

Al llegar a la boca se corta cuidadosamente la piel bordeando la boca y al llegar al hocico se corta el cartílago nasal (Fig. 17) evitando dañar los huesos nasales (Mares *et al.*, 1989). Cuando se trabaja en la cabeza debe tenerse especial cuidado de no dañar partes óseas delicadas del cráneo, como los procesos supraorbitales y los arcos zigomáticos (Williams y McCarthy, 1984).

Durante todo el procedimiento de extracción de la piel se utiliza maíz molido fino o aserrín, para absorber los líquidos, sangre y grasas, y evitar que éstos manchen la piel (Mares *et al.*, 1989). También se utilizan estas



**Fig. 16** **Fig. 17**

substancias para limpiar y secar el lado interno de la piel una vez separada del cuerpo, antes de comenzar su rellenado. Algunos preparadores utilizan, para acelerar el secado e impedir el daño por insectos, agentes seca-

dores que son colocados en el interior de la piel, como arsénico, bórax, alumbre, nitrato de potasio y jabón arsenical. Estos productos han dejado de utilizarse en los últimos años debido a los serios problemas de toxicidad y por los efectos secundarios que producen en el ejemplar, como alteración de la coloración original de las pieles.

***Rellenado de la piel***: normalmente la piel se rellena con algodón, pero

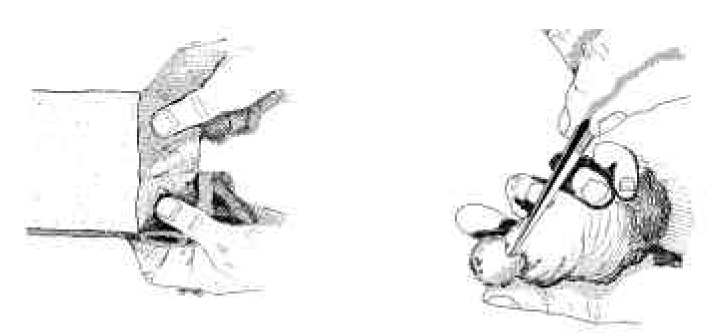


**Fig. 18** **Fig. 19**

algunos taxidermistas utilizan otros elementos como estopa fina. El trozo de algodón debe tener una forma más o menos cilíndrica y ser un poco más largo y ancho que el cuerpo del animal antes de que se haya extraído la piel (Fig. 18).

Con una pinza alargada se toma el algodón por el extremo que se insertará en la cabeza (Fig. 19) ; se lo introduce en la piel hasta hacerlo

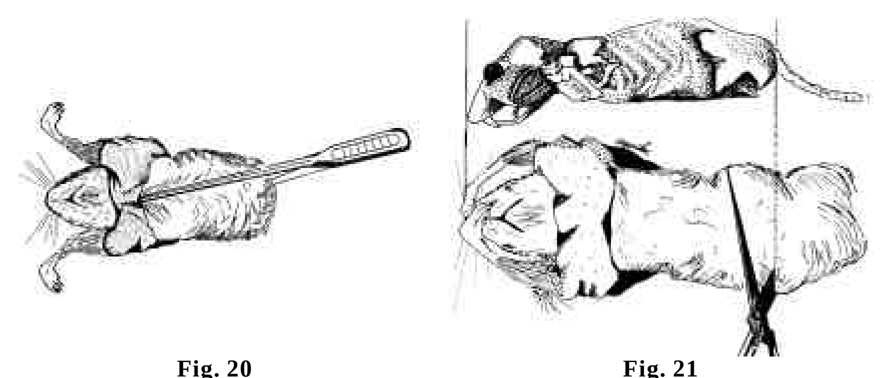


**Fig. 20** **Fig. 21**

llegar lo más anterior posible en el hocico y luego se desplaza la piel (Fig. 20) para rellenarla completamente. Si la cantidad de algodón resultara mayor que la necesaria para el tamaño del ejemplar, no se debe forzar el algodón dentro de la piel, sino cortar el exceso (Fig. 21). Recién cuando se ha rellenado la piel, se introducen alambres en las extremidades y en la

cola. Los alambres deben estar perfectamente rígidos y ser inoxidables, para asegurar su durabilidad y evitar daños que puede producir el óxido a la piel. El alambre para la cola debe envolverse con algodón deflecado (Fig. 22), excepto en la punta, para evitar que se trabe cuando es introducido (Fig. 23). En roedores y marsupiales se coloca un alambre en cada extremidad, insertándolo hasta las palma y plantas de las patas.



**Fig. 22** **Fig. 23**

En murciélagos se sigue el mismo procedimiento, pero algunos preparadores unen los húmeros de cada brazo insertando un solo alambre entre ellos para dar rigidez a las alas. Una vez finalizado el proceso de rellenado y colocación de los alambres, se cose la piel (Fig. 24), con cuidado para evitar que se rompa. Si la piel es muy delgada o el proceso de taxidermia se hace demasiado prolongado, es común que la piel comience a secarse. En este caso debe humedecerse con un algodón mojado, para mantenerla flexible y evitar su rotura al coser.

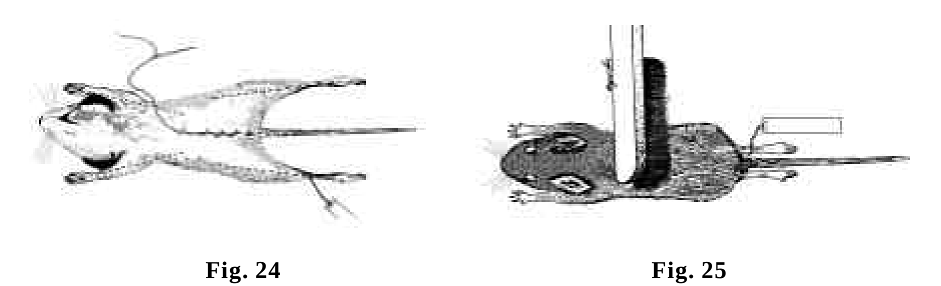


**Fig. 24** **Fig. 25**

Finalizada la taxidermia se cepilla el ejemplar (Fig. 25) y se coloca sobre una plancha de cartón prensado, o de otro material suficientemente

blando y resistente, y se fija con alfileres hasta que esté completamente seco (Fig. 26).

En roedores y marsupiales las patas anteriores se fijan alineadas muy cerca del cuello y la cabeza; las patas posteriores se alinean pegadas a los lados de la cola. Tanto las patas anteriores como las posteriores se clavan con las palmas hacia abajo y sin estirar. La cola se fija con alfileres cruzados sobre ella en la parte basal, en el medio y en el extremo distal, para mantenerla derecha durante el secado (Mares *et al.*, 1989). En los murciélagos se aconseja colocar las alas plegadas a los lados del cuerpo para

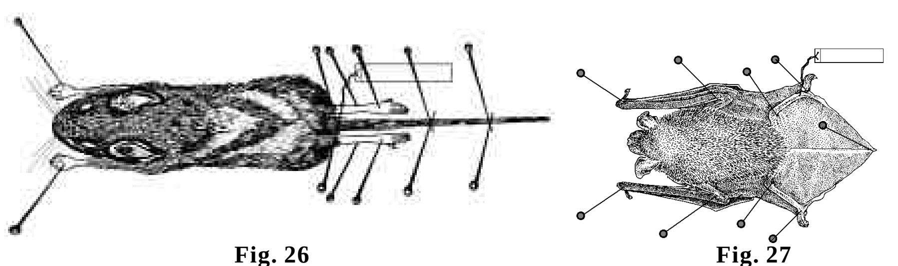


**Fig. 26** **Fig. 27**

evitar su deterioro durante el almacenamiento en colecciones, pero el antebrazo, los metacarpales y las falanges, deben quedar expuestos para poder medirse (Williams y McCarthy, 1984). Para ello se colocan alfileres en la articulación brazo-antebrazo, cerca del primer dedo y en el extremo distal del ala. En caso de que la especie tenga uropatagio, éste debe quedar extendido, y el calcar expuesto para su medición, al igual que las patas y la cola (Fig. 27).

Una vez fijadas en el cartón las pieles no deben exponerse al sol para acelerar su secado. Por el contrario, deben ser almacenadas en cajas cerradas a efectos de evitar que sean atacadas por insectos.

## *Método de Piel Plana o Extendida*

Las pieles planas o extendidas representan un método más sencillo y rápido de preparación a campo. El método de Anderson (1965) mantiene ambas patas en la piel, mientras el de Nagorsen y Petersen (1980) mantiene una pata anterior y una posterior del mismo lado en la piel y las dos restantes en el esqueleto. Para la extracción de la piel se procede de igual manera que en el método anterior, pero la incisión se realiza de manera transversal, por encima de la genitalia. Cuando la piel está totalmente

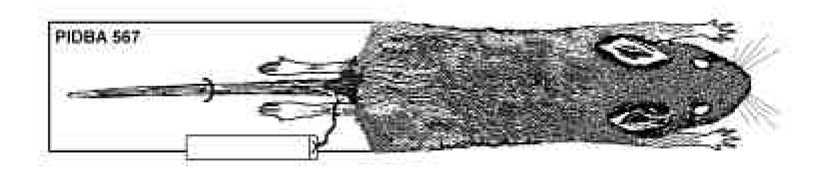



**Fig. 28**

limpia se introduce un cartón lo suficientemente ancho y largo para soportar la totalidad de la piel, incluyendo la cola (Fig. 28). Cuando se introduce el cartón en la piel, ésta no debe estirarse demasiado. En mamíferos pequeños, el cartón puede colocarse apenas extraída la piel, mientras que en los de mayor tamaño, es conveniente que antes de insertar el cartón se seque la piel del lado interno con substancias como ceniza, aserrín, aire caliente o sal, para evitar la descomposición posterior.

En la cola y en las patas se colocan alambres de igual manera que en el método anterior. Algunos taxidermistas fijan las patas anteriores al cuerpo con alfileres. El número de catálogo se puede escribir, además de la etiqueta, sobre el cartón inserto en la piel.

## *Método de Piel Curtida*

Este método se utiliza para grandes mamíferos, pero también puede utilizarse en especies de tamaño mediano. Las pieles curtidas pueden prepararse abiertas o como fundas. Para este último caso se procede de la misma manera que para las pieles extendidas. Para las pieles abiertas se realiza una incisión a lo largo del vientre desde la genitalia hasta alcanzar la garganta, y desde las palmas o plantas a lo largo de las extremidades; en animales de mayor tamaño la cola también se abre ventralmente. Luego se separa la piel de la musculatura, teniendo precaución de dejar las uñas en la piel y de extraer las vértebras caudales. Una vez desprendida la piel, se limpia todo resto de carne, grasa y sangre que pueda haber quedado adherido a ella. Algunos autores recomiendan tratar las pieles con sal (cloruro de sodio) como método de secado (Anderson, 1965; Nagorsen y Peterson, 1980; Setzer, 1963), pero esta substancia produce cambios en la coloración del pelaje por lo que no es aconsejable su uso en taxidermia (Hall, 1962; Hawks *et al.*, 1984).

Existen numerosos compuestos que se utilizan para curtir, como la combinación de cloruro de sodio y ácido sulfúrico, que produce blan-

queado del cuero y es reversible en agua; sulfato de aluminio y cloruro de sodio; sulfato de cromo básico, resistente al agua, menos susceptible al moho que los taninos vegetales y produce una mayor resistencia del pelaje con la edad; aceites minerales oxidantes o aceite oxidante animal y vegetal; tanino vegetal, alguno de los cuales producen deterioro en los cueros por cambios en el pH y en el porcentaje de agua y grasa; y formol diluído (Abrams, 1948; Austin, 1922; Cordon, 1965; Kaplan, 1971; Stambolov, 1969).

Uno de los problemas que ocasiona este método de preparación de pieles, es el cambio en las propiedades de la queratina de los pelos, lo que disminuye su valor para ser utilizados en taxonomía (Hawks *et al.*, 1984). Es importante que el curador de una colección que reciba pieles curtidas, sea informado sobre el método de preparación a efectos de determinar los cuidados a aplicar para su conservación posterior; normalmente en las pieles de origen comercial que ingresan a colecciones, el proceso de preparación no es conocido (Hawks *et al.*, 1984).

## Preparación de Cráneos y Esqueletos

Una vez finalizado el proceso de taxidermia se prepara el cráneo y esqueleto para su secado y posterior limpieza. En especies de tamaño pequeño, como roedores, murciélagos y marsupiales, se extraen las vísceras, que pueden preservarse en alcohol 70% o formol 10%; mientras que el resto del cuerpo se deja secar. Es importante evitar durante el secado, el contacto con moscas u otros insectos que pudieran depositar huevos en la carne fresca ya que la acción de las larvas puede desarticular los huesos.

Para esto se aconseja dejar los cráneos y esqueletos en cajas cerradas o bolsas construidas con tela mosquitero. Los ejemplares de los que se desea preparar esqueleto completo, mediante limpieza con derméstidos, se envuelven con hilo de coser, o con el mismo hilo de la etiqueta, y se dejan secar. En mamíferos de mayor tamaño, como una comadreja y más grandes, se aconseja extraer los ojos, masa encefálica, lengua y parte de la musculatura para evitar su descomposición y ataque por moscas.

Los métodos de limpieza de cráneo y esqueleto incluyen ebullición, maceración con bacterias, uso de químicos, y el de varios artrópodos (Maiorana y Van Valen, 1985; Sommer y Anderson, 1974). El proceso de limpieza de un esqueleto de mamíferos depende del tamaño, edad y condición de ejemplar, cantidad de ejemplares para la limpieza, empleo del espécimen y facilidad del procedimiento (De Blase y Martin, 1981).

***Limpieza con insectos derméstidos***: aunque algunos coleccionistas utilizan gusanos de la harina, hormigas o crustáceos para la preparación de cráneos y esqueletos, el método más eficiente y ampliamente utilizado es la limpieza con coleópteros derméstidos (género *Dermestes*, Familia Dermestidae). Este método ha sido aplicado desde 1922 y se han publicado diversas técnicas (Hall y Russell, 1933; Tiemeier, 1940; Sommer y Anderson, 1974; Valcarel y Johnson, 1981; Williams y Rogers, 1989). Los derméstidos han sido frecuentemente utilizados en museos donde se necesita limpiar un número grande de especímenes pequeños y medianos, de manera rápida, económica, completa y con un daño mínimo. El método requiere poco esfuerzo por parte del preparador, siendo la mayor desventaja el tiempo, entre uno y dos meses, necesario para la formación de una colonia óptima.

El tamaño y crecimiento de la colonia depende del tipo y cantidad de material que se procesa. Los derméstidos que constituirán la colonia se colocan en contenedores con una lámina o cama de algodón, donde las larvas pueden empupar. Un buen contenedor para una colonia puede ser una pecera de vidrio, o cualquier recipiente de vidrio o metal, de paredes verticales y suturas selladas (Voorhies, 1948). En el interior se puede colocar un recipiente con agua, para mantener la humedad dentro del dermestario. Cualquiera sea el tipo de contenedor o "dermestario" utilizado, este debe mantenerse en una habitación oscura, preferentemente con control de la temperatura ambiente, y teniendo la precaución de mantener una buena ventilación. Es importante mantener el dermestario lejos del área de almacenamiento de las pieles o colecciones, ya que la liberación por error de algunos individuos puede resultar altamente destructiva para éstas (De Blase y Martin, 1981; Sommer y Anderson, 1974; Tiemeier, 1940). Cada cierto tiempo es necesario agregar carne fresca, ya que los ejemplares traídos del campo generalmente han perdido la humedad y no contienen suficiente grasa para mantener activa a la colonia; la falta de alimento es uno de los factores que más afectan a la colonia (Sommer y Anderson, 1974). Algunos técnicos la mantienen activa mediante el agregado de alimento balanceado para perros y gatos domésticos, especialmente en épocas en que no hay ejemplares para ser limpiados.

Cada cráneo o esqueleto debe colocarse separadamente evitando que se mezcle con otro. En el caso de que los especímenes a limpiar se hayan secado en exceso, Hooper (1956) comprobó que los derméstidos prefieren especímenes tratados con aceite de hígado de bacalao.

Algunos técnicos inyectan formol 50% en las articulaciones y alrededor de los dientes para impedir que los derméstidos separen dichas es-

tructuras (Sommer y Anderson, 1974); también es conveniente humedecer con formol diluido a las etiquetas ya que los derméstidos pueden comer el papel y borrar los números que identifican a los ejemplares.

***Limpieza con hormigas***: también se utilizan hormigas de los géneros *Solenopsis*, *Wasmannia* y *Camponotus*, pero no alcanzan la eficiencia de los derméstidos. En el caso de utilizar hormigas se coloca el animal recién muerto sobre un papel o cartón cerca del hormiguero, controlando que no lleguen a destruir las partes cartilaginosas. Las ventajas de este método son la rapidez y lo económico de su aplicación, porque no se necesitan instalaciones especiales (Budin, 1988), ni se corre el peligro de que se liberen larvas o adultos que expongan a riesgo las colecciones.

***Limpieza con crustáceos isópodos***: pueden usarse isópodos terrestres o marinos, y en general se usan las dos especies al mismo tiempo (Bolin, 1935; Maiorana y Van Valen, 1985). Estos crustáceos son de fácil recolección, y tienen la ventaja de no desarticular los esqueletos y, como en el caso de las hormigas, no ocasionan daño a las colecciones en el caso de liberación accidental ya que fuera de un ambiente húmedo se disecan rápidamente (Maiorana y Van Valen, 1985).

***Limpieza por ebullición***: es un método muy usado particularmente con especímenes que han sido previamente conservados en fluidos, lo que retarda su limpieza con organismos vivos. Las desventajas de este método son que el esqueleto usualmente se desarticula, los cartílagos son destruidos y los dientes pueden romperse o salirse de los alvéolos. También se pueden dañar partes frágiles, por lo que el método debe emplearse con especial atención y cuidado (De Blase y Martin, 1981). Si los cráneos van a ser limpiados por ebullición deben primero sumergirse en agua por unas horas para hinchar la masa encefálica. Luego se inyecta agua a presión por medio de una jeringa por el foramen magnum, de ese modo se elimina la masa encefálica. Luego se hierve el cráneo por unos minutos y se extrae toda la musculatura hasta limpiarlo, se deja secar y se raspa el resto de músculos que hayan quedado adheridos a los huesos.

***Limpieza por maceración***: la maceración puede ser química (Hildebrand, 1968; Mahoney, 1966) o bacteriana (De Blase y Martin, 1981). La primera no es recomendable ya que puede dañar el esqueleto. Para la maceración bacteriana se coloca el espécimen en un recipiente de vidrio con agua, cerrado herméticamente, por una a cuatro semanas dependiendo del tipo de preparación de que se trate.

***Limpieza con enzimas***: se utiliza para esqueletos pequeños, es más rápida que la maceración bacteriana y produce menos daño que la maceración química (Hildebrand, 1968; Harris, 1959; Mahoney, 1966). Algunas

de las drogas empleadas son tripsina, papaína y pancreatina. La principal desventaja de este método son los altos costos de las enzimas.

### *Preparación Final de Cráneos y Esqueletos*

Cualquiera sea el método empleado para limpiar el esqueleto de tejidos, es necesario un proceso de limpieza final que sirve para disolver los restos que hubiesen quedado y para blanquear los huesos (Budin, 1988). Para dicho procedimiento se utiliza hipoclorito de sodio (agua lavandina de uso comercial) y agua, en iguales proporciones. Se sumerge el ejemplar durante un minuto como máximo, ya que una exposición prolongada puede dañar las partes más delicadas (Budin, 1988; Williams *et al.*, 1977). Posteriormente se coloca en agua oxigenada 10%, con la precaución de que la exposición no sea por un período muy prolongado. La acción limpiadora de ambas sustancias se observa en la espuma que se forma alrededor de los huesos cuando actúan sobre los restos de tejidos y grasitud que hayan quedado (Budin, 1988). Inmediatamente se lavan con agua las partes tratadas, hasta eliminar el agua oxigenada. Terminada la limpieza se seca el esqueleto mediante el calor de una lámpara, al sol, o con aire caliente de un termoventilador o secador de cabellos, teniendo precaución de no mezclar los diferentes especímenes o partes de un ejemplar con otro.

## Preservación de Ejemplares en Fluidos

Algunos ejemplares deben ser preservados en conservantes líquidos, ya se enteros o parte de ellos, dependiendo de la naturaleza de la investigación que se desarrolle. Como los tejidos sufren cambios instantáneos o rápidos cuando se produce la muerte, los mismos deben ser fijados de manera inmediata. El conservante tradicionalmente usado para la fijación es el formol comercial diluido al 10% (Barbour y Davis, 1969; Biswas, 1968; De Blase y Martin, 1981; Hall, 1962; Nargosen y Peterson, 1980). El tiempo de fijación para especímenes enteros varía entre 12 horas (Nagorsen y Peterson, 1980) y cuatro días (Quay, 1974). Previo a su inmersión en el fijador, el ejemplar debe abrirse completamente a lo largo del vientre, la piel y la musculatura, y perforar el diafragma para permitir la entrada del líquido en todos los espacios. No es recomendable inyectar el fijador con jeringa sin abrir el espécimen.

Para animales de mayor tamaño es necesario inyectar pequeñas cantidades de formol en la cavidad torácica y en los músculos (Barbour y Davis, 1969; Biswas, 1968; Nagorsen y Peterson, 1980). El volumen de fijador debe exceder la masa corporal del animal por lo menos diez veces a efecto de que los fluidos del cuerpo puedan diluirse en el formol. La cantidad de fijador en un recipiente debe incrementarse a medida que se incrementa el número de ejemplares que se incluyen en él, para evitar del deterioro de los tejidos (Biswas, 1968; De Blase y Martin, 1974). Es importante fijar cada ejemplar con la boca abierta para facilitar su identificación posterior, en el caso que sea necesario hacerlo mediante la examinación de los dientes; para ello se puede colocar un algodón en el interior de la boca antes de sumergirlo en el fijador (Nagorsen y Peterson, 1980; Williams y McCarthy, 1984). Si fuera necesario extraer el cráneo para su estudio, debe hacerse por la boca (Williams y McCarthy, 1984).

Si el ejemplar va a ser conservado permanentemente en líquido, después del período de fijación en formol debe transferirse a alcohol etílico 70%, previo lavado con agua durante 12 a 24 horas. El formol es ácido y descalcifica los huesos y dientes cuando los ejemplares permanecen en el fijador por largos períodos; el alcohol isopropílico no es aconsejable como conservante permanente porque produce fragilidad en los especímenes (Anónimo, 1982; De Blase y Martin, 1974; Levi, 1966; Quay, 1974).

Los recipientes que contienen a los especímenes, deben cerrar herméticamente para evitar la evaporación de los líquidos; por otro lado debe asegurarse que las etiquetas identificatorias estén bien atadas a las patas de cada ejemplar. Las etiquetas identificatorias del contenido de cada frasco o recipiente que contenga ejemplares, debe incluirse dentro del recipiente evitando ser pegadas por fuera. Para esto es necesario utilizar papel de buena calidad que pueda perdurar inmerso por largos períodos de tiempo, y la escritura debe realizarse con tintas permanentes.

Los conservantes previenen el crecimiento de microorganismos, como así también los cambios graduales físicos o químicos en la estructura de los especímenes (Nagorsen y Peterson, 1980). Las preparaciones en fluido son ideales para mantener los rasgos diagnósticos y facilitan el desarrollo de estudios que no son posibles en ejemplares taxidermizados.

# LA COLECCIÓN SISTEMÁTICA

## Preparación de Especímenes para Ingreso en una Colección

Cuando los ejemplares llegan del campo no deben ser ingresados directamente a la Colección. Se requiere un tratamiento previo que consiste en su desinfección y catalogado.

### *Desinfección*

La desinfección o cuarentena, consiste en el aislamiento de los ejemplares en un lugar separado de la colección principal, que permita su tratamiento con productos químicos y desinfectantes para garantizar la eliminación de pestes, larvas o insectos perjudiciales. El procedimiento de desinfección es variable, pero algunas consideraciones generales deben tenerse en cuenta, como la salud del personal afectado a la colección y la preservación de los especímenes durante su almacenamiento definitivo. Estas dos necesidades deben ser consideradas por el curador, antes de utilizar cualquier producto (Williams *et al.*, 1977). En general los desinfectantes que se utilizan para el período de cuarentena son los mismos que los que se usan para conservar los ejemplares durante su almacenamiento definitivo y solo varían las concentraciones. Los desinfectantes de uso más frecuente son:

***Naftalina* ($C_{10}H_8$):** a temperatura ambiente existe en forma de cristales, sublima a una forma de fumigante de baja toxicidad (Neherbon, 1959). Se considera el mejor repelente, aunque su efectividad como insecticida es cuestionable. Usualmente se coloca en recipientes abiertos dentro de los muebles. No hay registros de daños sobre los especímenes, aunque la recristalización puede ocurrir en algunas superficies (Edwards *et al.*, 1981). Las cantidades recomendadas para su uso efectivo son 0.45 kg por cada 2.8 $m^3$ (Williams *et al.*, 1977). El uso de grandes dosis de naftalina puede resultar peligroso para el hombre por absorción a través de la piel, inhalación o ingestión. El contacto directo con los ojos puede producir irritación o cataratas, además de causar nauseas, vómitos, dolor abdominal, irritación de la vejiga, ictericia, anemia severa, deficiencia renal aguda; la inhalación de grandes dosis puede causar hemólisis (Genoways y Schiltter, 1984, McGiffin Jr., 1985).

***Arsénico* ($As_2O_3$):** es un veneno de contacto que ha sido ampliamente utilizado para la preparación de pieles de mamíferos. Aunque es un veneno muy efectivo en el control de pestes, resulta peligroso para los preparadores e investigadores que trabajan con las pieles, debido a que el veneno migra hacia el exterior probablemente por un proceso de eflorescencia mineral. El

arsénico se adhiere a la queratina y es de difícil remoción, aún con el lavado (Hawks y Williams, 1986). La exposición prolongada puede causar en el hombre la caída del pelo y uñas y eventualmente la muerte. Se conocen datos que indican que el arsénico es un agente mutágeno, teratogénico, causante de efectos hepáticos y de cáncer en humanos (Genoways y Schlitter, 1984; Hawks y Williams, 1986; Lederer y Fensterheim, 1983). La presencia de este veneno en las colecciones puede ser detectado por métodos químicos, a través del uso de varillas indicadoras de bromuro de mercurio (II), cinc y ácido clorhídrico, y mediante rayos X (Díaz *et al.*, 1996; Williams y Hawks, 1987). Debido a sus potenciales efectos adversos es recomendable el uso de guantes y barbijo durante el estudio de especímenes preparados con arsénico. Los curadores de colecciones deben testear la presencia de arsénico en las pieles de sus colecciones, e indicar su presencia en cada ejemplar contaminado.

***Paradiclorobenceno o pacrosol*** **($C_6H_4Cl_2$; PDB):** es un insecticida que, a temperatura ambiente, existe como cristal transparente y al sublimar actúa como un efectivo fumigante. Se usa en recipientes abiertos en la parte superior de los muebles. La ventaja de este veneno es que provee un método de fumigación fácil, efectivo y continuo, no es corrosivo, no mancha y no es combustible. En zonas tropicales se emplea como antihongos. Una desventaja del PDB es que altas concentraciones pueden causar recristalización sobre los especímenes. Ante una exposición prolongada a altas temperaturas, los plásticos se opacan y luego se deforman (Genoways y Schlitter, 1984; Johnson y Kritzman, 1985). Para un uso efectivo de este insecticida se recomienda una concentración de 0.4 kg por cada 2.83 $m^3$ (Edwards *et al.*, 1981). La continua exposición al PDB es perjudicial para la salud, primariamente por inhalación y contacto, afectando los ojos, piel, riñones, hígado, sistema respiratorio, y sistema nervioso central (Edwards *et al.*, 1981). Períodos largos de exposición, entre uno a dos años, puede provocar hepatitis, cirrosis y cataratas (Negherbon, 1959; Peltz y Rossol, 1983). Exposiciones más cortas pueden causar mareos, jaquecas, nauseas y falta de coordinación (Edwards *et al.*, 1981; Peltz y Rossol, 1983).

***Bórax*** **($Na_2 B_4O_7.10 H_2O$):** es un veneno de contacto que algunos taxidermistas utilizan durante la preparación de las pieles. Los problemas de salud que puede producir la exposición a este veneno, incluyen complicaciones en el corazón, piel, estómago y sistema nervioso central (Negherbon, 1959).

Otros desinfectantes de uso menos frecuentes son: Vapona (DDVP); Pyrethrum; Baygon; Dowfume 75; Vikane; Edolan-U; y Dióxido de Carbono (Genoways y Schlitter, 1984; McGiffin Jr., 1985).

Una vez desinfectado, el material está listo para ingresar a la colección, previo proceso de catalogado. Este incluye la identificación, organización, ordenamiento, registro y numeración de cada ejemplar (Williams *et al.*, 1977).

## *Identificación Sistemática*

Esta es la etapa más dificultosa y consiste en la clasificación de las especies en base a alguna fuente de referencia bibliográfica actualizada. En los últimos años se han publicado dos trabajos que sirven a esos efectos: Honacki, Kinman y Koeppl, 1982; Wilson y Reeder, 1993. La identificación sistemática debe hacerse preferentemente hasta el nivel de subespecie. Una vez lograda la identificación, se escribe con lápiz el nombre de la especie en la etiqueta del ejemplar. La escritura con lápiz facilita futuras correcciones en caso de una identificación errónea, o cambios nomenclatoriales producidos por revisiones taxonómicas posteriores a la identificación. La exactitud con que se transcriben los datos de cada uno de los especímenes al catálogo institucional, es de suma importancia. El descuido en la transcripción de la información puede conducir a la publicación de información errónea, lo que resulta difícil de subsanar. Por este motivo, el manejo curatorial de la colección debe ser realizado por personal capacitado (Grinnell, 1921).

La organización y ordenamiento del material almacenado depende de factores como el tamaño de la colección, el tipo de preservaciones, la cantidad de personal, la naturaleza de la utilización y el campo de interés del grupo profesional. El ordenamiento debe ser simple y claro, ya que un sistema complejo contribuye a dificultar el acceso y manejo del material de estudio (Grinnell, 1921).

## *Catalogado*

Cuando un lote o grupo de especímenes, ingresa a una colección, el material debe ser identificado y luego ordenado con las siguientes pautas (Williams *et al.*, 1977) para su catalogado:

- Todos los especímenes se ordenan sistemáticamente hasta el nivel de subfamilia siguiendo un autor definido, para lo cual se recomienda Wilson y Reeder (1993).
- Los géneros de cada subfamilia se ordenan alfabéticamente.

- Las especies de cada género se ordenan alfabéticamente.
- Las subespecies de cada especie se ordenan alfabéticamente.
- Los especímenes de cada subespecie se ordenan alfabéticamente por país.
- Los especímenes del mismo país se ordenan alfabéticamente por provincia.
- Los especímenes de la misma provincia se ordenan alfabéticamente por departamento.
- Los especímenes del mismo departamento se ordenan alfabéticamente por localidad, con respecto al punto de referencia (ciudad, pueblo, río, etc.) que indican las etiquetas.
- Cuando más de una localidad se refiere al mismo punto, las localidades son ordenadas de Norte a Sur, y cuando están ubicadas en la misma latitud se ordenan de Oeste a Este.
- Los especímenes de la misma localidad se ordenan alfabéticamente de acuerdo al nombre de los colectores (apellido, nombres).
- Los especímenes de los mismos colectores se ordenan secuencialmente de acuerdo al número de campo.

Una vez ordenados de esta manera, los ejemplares se ingresan en la Colección, asignándole a cada uno un número de catálogo institucional de manera correlativa. Este ordenamiento previo, tan detallado, simplifica el proceso de ingreso en el catálogo institucional y también el de computarización permitiendo un uso posterior más eficiente de los especímenes.

Existen otras formas de ordenamiento, como el filogenético, a nivel de subfamilias o géneros, con la ventaja que los taxa más relacionados son ubicados más próximos entre sí. El número y la información pertinente a cada especímen se registra en un catálogo de la colección con tinta permanente.

El catálogo institucional consiste en páginas numeradas secuencialmente en cada línea reservada para los datos correspondientes a un ejemplar. La información que incluye es el número de catálogo de la colección, ubicación, género y especie, localidad de colecta, sexo, fecha de colecta, nombre del colector, número de catálogo del colector, tipo de preparación, medidas y observaciones (Fig. 29).

| NUMERO | UBICACIÓN | GENERO Y ESPECIE | LOCALIDAD | SEXO | FECHA | COLECTOR |
| --- | --- | --- | --- | --- | --- | --- |
| | | | | | | |
| | | | | | | |
| | | | | | | |
| | | | | | | |
| | | | | | | |
| | | | | | | |

| Nº COLECTOR | PREP | MEDIDAS | OBSERVACIONES |
| --- | --- | --- | --- |
| | | | |
| | | | |
| | | | |
| | | | |
| | | | |
| | | | |

**Fig. 29**

Actualmente los catálogos son ingresados en bases de datos en computadoras, para lo que se pueden utilizar diferentes programas pero es recomendable hacerlo en aquellos que permitan posteriormente compartir la información.

## Formas de Adquisición de Material

La adquisición de material para una colección puede realizarse de diversas maneras, ya sea a través de fuentes internas como los grupos de profesionales y técnicos que trabajan en el museo, o de investigadores y estudiantes de la institución. También pueden obtenerse de fuentes externas, como compra, intercambio, donaciones o préstamos. La cantidad de material provisto por cualquier fuente, depende del tamaño, recursos, objetivos y actividades de la colección (Williams *et al.*, 1977).

***Personal Institucional***: el material adquirido por el personal institucional, representa una inversión generalmente elevada debido a los gastos que ocasionan las campañas de colectas y estudios; sin embargo aporta valiosos datos a las colecciones.

***Intercambio***: la mayoría de las colecciones estimulan la adquisición de especímenes por medio del intercambio con otras instituciones o museos. En general el intercambiado es beneficioso para ambas instituciones ya que por lo general involucra especies localmente comunes para una de ellas, pero raras para la otra. Este sistema de intercambio, que permite ampliar la representación de especies en las colecciones, tiene un costo relativamente reducido, relegado a los gastos de embalaje, envío y administrativos, sin considerar el valor propio de los ejemplares que son intercambiados.

***Compra***: este método permite incorporar selectivamente especies y regiones geográficas que no estaban representadas en una colección. La adquisición de especímenes mediante la compra no es una práctica usual, debido a que puede fomentar el comercio de pieles y colectas inescrupulosas de personas interesadas en lucrar con estas actividades. De todas maneras la compra fue un método de adquisición particularmente utilizado por algunas instituciones, especialmente en los primeros años del presente siglo. La adquisición de ejemplares mediante la compra debe ser precedida de la obtención de información sobre los ejemplares ofrecidos y solamente deben adquirirse aquellos de los que pueda probarse que han sido colectados legalmente.

***Donaciones***: antes de proceder a la aceptación de especímenes donados es necesario comprobar la veracidad de la información de procedencia y demás datos, que acompañan a los ejemplares. Un sistema similar a la donación es la incorporación de ejemplares que provienen de estudios realizados por investigadores, quienes depositan en una colección los especímenes testigo ("*voucher specimens*") de sus investigaciones.

***Préstamos***: representan una de las vías de desarrollo de las investigaciones y deben fomentarse con precauciones, que garanticen la preservación de los ejemplares. Normalmente los préstamos deben hacerse entre instituciones y no entre individuos. El material puede ser prestado por un período de tiempo acordado entre las partes y debe retornar a la institución de origen cuando finaliza ese plazo.

**TARJETA DE PRESTAMO**

**ESPECIE** ____________________

**N° de Catálogo** ________________

**Prestado a** ___________________

**Institución** ___________________

**Fecha de Préstamo** _____________

**Prestador** ____________________

____________________
**Firma**

**Destruir esta tarjeta cuando el ejemplar sea devuelto**

**Fig. 30**

Los préstamos deben registrarse en tarjetas especiales (Fig. 30) que se destruyen una vez devuelto el material. En el armario, en el lugar corres-

pondiente al ejemplar prestado, se deposita una etiqueta como la de la Fig. 31, que indica a otro usuario que ese ejemplar está prestado. Los

Ejemplar temporalmente prestado a:________________________
Institución ____________________________________
Fecha de préstamo:______________
Catálogo N°:__________________
Especie:______________________
____________________
Firma

**Fig. 31**

denominados "préstamos permanentes" se pueden hacer efectivos entre una institución carente de infraestructura adecuada para mantenimiento de los especímenes, y otra que si puede hacerlo (Van Gelder, 1965). El acuerdo principal entre las instituciones que realizan préstamos permanentes es que el material debe retornar al prestador si éste lo requiere.

***Ejemplares Testigo*** (*Voucher Specimens*): de acuerdo a Yates (1985) estos especímenes pueden ser divididos en tres categorías:

1. Especímenes tipo.
2. Especímenes que sustentan estudios taxonómicos, diferentes a los nomenclaturales, tales como rangos de distribución e historia natural.
3. Especímenes de documentación biológica: empleados para investigaciones bioquímicas o proyectos de impacto ambiental.

Los especímenes tipo representan el primer ejemplar utilizado para la descripción de un taxón. Por esto tienen un valor científico especial. Como consecuencia se depositan en armarios destinados especialmente al almacenamiento de "tipos" que por lo general se encuentran separados del resto de la colección y bajo especial custodia del curador o persona responsable. Tradicionalmente las etiquetas que identifican a los ejemplares tipo son rojas, o se destacan con una marca roja. Los museos que poseen un gran número de tipos, los almacenan en armarios especialmente identificados con color rojo.

El crecimiento de una colección es generalmente consecuencia del desarrollo de proyectos de investigación, ya sean taxonómicos, ecológicos, ambientales, control biológico, genéticos y bioquímicos, entre otros. Muchos de los estudios generan, o deberían generar, especímenes testigo. Lamentablemente, es común que los estudios se desarrollen sin conocimiento de lo que representan los especímenes testigo y como conse-

cuencia no son colectados (Yates, 1985). Los especímenes testigo son documentos físicos y permanentes de una investigación que permiten verificar la identidad de los organismos utilizados en los estudios y la revisión de los mismos.

## Almacenamiento y Mantenimiento

El buen funcionamiento de una colección, puede verse afectado por el empleo de métodos precarios de mantenimiento y conservación. El uso de las colecciones produce deterioro de los ejemplares, lo que obliga a los curadores a tener en cuenta que la utilización de las colecciones debe estar acompañada de un sistema de mantenimiento de las mismas. Las áreas de almacenamiento deben estar protegidas contra riesgos como el fuego, mantener temperatura y humedad relativa apropiadas evitando cambios bruscos, evitar la luz natural excesiva y estar protegidas del acceso de insectos perjudiciales (American Society of Mammalogists, 1974; Williams, 1993). Además, tanto las áreas de trabajo como las de almacenamiento deben contar con iluminación adecuada y buena ventilación.

Los armarios pueden ser de metal, madera, o una combinación de ambos materiales, especialmente diseñados, herméticos, que previenen el ingreso de pestes, polvo y otros factores que afectan a las colecciones. Se recomienda que sean móviles y de color blanco (Fig. 32), ya que este color refleja la luz y ayuda en mantener mas baja la temperatura del interior de los muebles. En algunas colecciones los armarios se rotulan con diferentes colores, indicando el orden de importancia de cada uno de ellos, a efectos de priorizar su traslado en el caso de accidentes que pudieran perjudicar las colecciones, como puede ser un incendio. El cráneo y postcráneo se almacenan en frascos, preferentemente de vidrio, o cajas de cartón individuales, junto a las pieles a las que pertenecen y se acomodan en bandejas de cartón dentro de los cajones de un armario



**Fig. 32**

(Fig. 33). Esta subdivisión permite extraer varios especímenes al mismo tiempo. Algunos museos mantienen los cráneos separados de las pieles, aunque se recomienda que las pieles y sus cráneos y esqueletos, se acomoden juntos para facilitar el uso de los especímenes por los investigadores. Las cajas o frascos que contienen las partes esqueletales se identifican con el número de colección, sexo y localidad de cada ejemplar con tinta permanente o impresos y el nombre científico se escribe con lápiz. Siempre se conserva en el interior la etiqueta original de campo. El número de colección se escribe con tinta permanente sobre el cráneo, mandíbula y en todas las partes del esqueleto en que sea posible. Las pieles curtidas pueden colocarse horizontalmente en los cajones; también pueden ser colgadas de una cuerda que se pasa por los ojos o por las fosas nasales a un gancho en forma de S; este último procedimiento facilita el uso de las mismas. Los cráneos de las pieles curtidas pueden almacenarse en cajones, o en cajas individuales y colocarse en estanterías (Fig. 34) , o pueden colgarse en las paredes o sobre rejas metálicas mediante ganchos en forma de U, que se insertan por el foramen magnum (Williams, *et al.*, 1977).



**Fig. 33**

Las pieles taxidermizadas son por partes orgánicas y además contienen una variedad de otros materiales como algodón, metales, papel, madera, arcilla, vidrio y productos químicos, entre otros. Las fluctuaciones ambientales diarias pueden causar daños físicos y químicos a los objetos que están compuestos de múltiples materiales (Williams, 1993).

La luz ultravioleta, la luz natural no filtrada y la fluorescente son particularmente destructivas, por lo que es recomendable no exponer a su efecto a los ejemplares de colecciones; el principal efecto negativo se manifiesta en la decoloración de las pieles y la exposición a la luz acelera el proceso de degradación (Williams, 1993).

Los especímenes preservados en alcohol se almacenan en recipientes de vidrio en estanterías (Fig. 35). El material preservado en alcohol es especialmente sensible a la luz solar por lo que debe almacenarse en sitios oscuros y protegido de temperaturas excesivas que aceleran la evaporación de los fluidos.


Fig. 34


Fig. 35

Se recomienda que las ventanas del área de colecciones no se abran y preferentemente que estén selladas, para disminuir los efectos de las variaciones de temperatura y humedad y evitar el ingreso de insectos perjudiciales y polvo. Esta medida debe ir acompañada de un buen sistema de ventilación y aire acondicionado. Además, toda colección debe disponer de extinguidores de fuego.

Los ejemplares de colecciones deben preservarse "para siempre" y el tiempo puede actuar como una variable que confiere, a los factores antes mencionados, un lapso suficientemente largo para inutilizar gran parte de una colección si no se toman los recaudos necesarios.

## Usos e Importancia de las Colecciones

Las colecciones mastozoológicas poseen tanto valor intrínseco como extrínseco (Schlitter, 1984). La presencia de pieles de valor comercial, marfil, materiales de uso religioso o elementos curativos, constituyen parte del valor intrínseco de una colección, que puede ser calculado monetariamente. Este valor es de difícil estimación, ya que no solo deben considerarse el costo del espécimen en si, sino también el de mantenimiento. Debe aquí observarse que la pérdida de información que produce el deterioro de un ejemplar, es incalculable comparado con el gasto destinado a su mantenimiento (Yates, 1987).

Las pieles curtidas de mamíferos grandes y medianos, como osos, gatos, vicuñas y guanacos, entre otros, tienen valor por si mismos. Los mamíferos de zonas tropicales, como cebras, monos, antílopes y otros, aun-

que no desarrollan un pelaje denso, son fuertemente cotizados para su uso como elementos decorativos.

El marfil tiene alto valor comercial en joyería y esculturas; como materia prima se extrae de colmillos de elefantes, chanchos, morsas y narvales y de dientes de hipopótamos y de ballenas. Cualquier colección que contenga estos materiales adquiere un valor intrínseco considerable.

Los especímenes de museos pueden también utilizarse con finalidades medicinales o religiosas. Los huesos, pelos, plumas, uñas, dientes y garras, suelen ser utilizados por algunas culturas en la medicina local, en la fabricación de piezas religiosas y ornamentaciones para ceremoniales.

El valor extrínseco se refiere a la valuación relacionada con el uso de la colección. Por ejemplo una colección puede ser utilizada para programas educativos o exhibiciones. Estas exhibiciones, a efectos de adquirir un mayor valor, deben ser renovadas periódicamente con el objeto de mantener el interés de los visitantes e incrementar el número y periodicidad de las visitas. Esto aumenta el ingreso de fondos y favorece el desarrollo de exposiciones renovadas contribuyendo más eficientemente al objetivo educativo y cultural.

El valor extrínseco más destacable y de impacto de una colección, es la investigación científica. Los especímenes pueden constituir la base misma de investigaciones, por ejemplo sistemáticas o biogeográficas. La presencia de pieles y esqueletos en una colección es de vital importancia, ya que permite corroborar la identidad de los especímenes y facilita la descripción de su morfología y morfometría, externa e interna. La distribución de las especies puede ser determinada a partir de especímenes depositados en museos, como así también el estudio de sus relaciones biogeográficas (Schlitter, 1984).

El creciente interés por los cambios ambientales y destrucción del hábitat en los últimos años, ha causado que las colecciones se transformen en objeto de atención por parte de personas involucradas en proyectos destinados a monitorear dichos cambios. Los ejemplares de un museo pueden mostrar, por ejemplo, cuales especies estuvieron presente históricamente y el tipo de hábitat de entonces y su comparación con el actual.

Cada ejemplar contiene abundante información y permite el desarrollo de investigaciones de diversa índole como anatomía, ecología, migraciones, contenido de mercurio para evaluar los nivel naturales en el ambiente, entomología médica, zoología médica y parasitología, entre otros (Findley y Jones, 1964; Parkes, 1963). Por otro lado, existen especímenes irremplazables como las especies recientemente extintas, que cuentan con caracteres que pueden aportar información que permita establecer rela-

ciones filogenéticas con sus parientes vivientes. En algunos casos los objetivos de las investigaciones requieren la destrucción de algunos especímenes, lo que solo debe permitirse si el planteo de resultados justifique aportes al conocimiento científico y puedan estos ser compartidos por la comunidad científica.

Numerosos autores (Carriker, 1976; Hedgpeth, 1961; Heppell, 1979; Lee *et al.*, 1978) advirtieron sobre la importancia de la identificación correcta de los organismos que se investigan y que esas identificaciones representan el primer paso en el reporte de resultados de todos los trabajos que involucren entidades biológicas (Yates, 1987).

Algunos museos obtienen especímenes provenientes de zoológicos, de criaderos o de entidades privadas. Esos ejemplares generalmente carecen de información sobre procedencia y fecha de captura pero pueden, sin embargo, ser utilizados para estudios de anatomía, filogenia y para la docencia. Esta fuente de obtención de material es extremadamente importante y permite adquirir especies raras, en peligro de extinción o pertenecientes a lugares distantes (Raikow, 1985).

## Pautas para el Funcionamiento de las Colecciones Sistemáticas

Las normas de manejo y seguridad de las colecciones de historia natural influyen, a largo plazo, en la orientación de las actividades de las mismas. Aunque el uso de pautas preestablecidas beneficia tanto el inicio como el afianzamiento de una colección, frecuentemente es dificultoso elaborar normas que cubran totalmente las necesidades de la colección y de su personal (Cato y Williams, 1993).

Las pautas que deben gobernar a una colección no pueden estar disociadas de los objetivos de la institución que la alberga quién, en términos generales, es la que debe proveer los mecanismos que orienten y dirijan su desarrollo. El proceso de planeamiento de una colección debe involucrar un análisis detallado de los recursos materiales y humanos con los que cuenta (Cato y Williams, 1993).

Las normas incluyen una variada temática que hace a la creación, crecimiento, mantenimiento y seguridad de las colecciones. Así, de algún modo, las pautas propuesta por Cato y Wiliams (1993), cubren esas necesidades:

1. **Pautas éticas**: proveen las bases de los principios que aseguren un comportamiento apropiado y obligaciones hacia la sociedad, dentro de los estándares establecidos por el museo y la comunidad científica.

2. **Pautas para la documentación**: aseguran la existencia y calidad de la información de los especímenes, que debe ser completa, exacta y estandarizada.
3. **Pautas para la adquisición de material**: permiten la adición permanente de material y establecen un control institucional sobre éste.
4. **Pautas para la conservación preventiva**: desarrollan procedimientos para eliminar o minimizar el deterioro químico, físico y biológico de las colecciones.
5. **Pautas de acceso**: proveen y promueven el acceso y uso apropiados a los especímenes y sus datos.
6. **Pautas de préstamo**: establecen las bases que permitan el cuidado temporal de los especímenes para investigación y de programas educativos o de exhibición, a personas o instituciones no asociadas a la colección.
7. **Pautas para el estudio de los ejemplares**: proveen las bases para un uso responsable de los especímenes.
8. **Pautas para el control de pestes**: establecen la responsabilidad institucional respecto a la restricción y eliminación de organismos que, directa o indirectamente, pueden causar deterioro en los especímenes o en la colección en general.
9. **Pautas para la salud y seguridad**: promueven los mecanismos para resguardar la salud y seguridad del personal asociado a la colección.
10. **Pautas para emergencias**: reducen el efecto adverso que eventuales emergencias, como incendios, inundaciones, etc., pueden afectar a las colecciones y personas.

## CONCLUSIONES

Cada ejemplar coleccionado es un objeto único y debe asignársele el valor real que tiene su permanencia en un museo o colección. De este modo nos enfrentamos, en este punto, con el conflicto de sacrificar animales para ser incorporados en colecciones. Ésto debe realizarse con la utilización de métodos "aceptables" en mastozoología evitando, en lo posible, el sufrimiento del animal. Este es un tópico frecuentemente cuestionado y reñido con la ética y con los sentimientos humanos. Se enmarca en aspectos filosóficos y su discusión es importante en los ámbitos de trabajo de cada equipo de investigación. Antes de comenzar una investigación es necesario discutir y responder algunas preguntas como: ¿Es la colecta necesaria?, ¿Cuántos ejemplares son necesarios para desarrollar el estudio?, ¿Tiene el ejemplar valor por sí mismo?, ¿Hasta

que punto afectamos las poblaciones naturales con la colecta?, ¿Podemos colectar especies raras, en peligro, o de distribución restringida? y lo que es más importante ¿Podemos reemplazar la colecta con otra información?.

A lo largo de los años hemos experimentado diferentes sensaciones frente a la colecta de mamíferos y también al estudiarlos en museos y colecciones sistemáticas. Con frecuencia hemos encontrado ejemplares de alto valor científico y cultural, en condiciones lamentables de preservación, simplemente por falta de atención, conocimiento o descuido institucional. Es por eso que, enfrentados a la "necesidad" de extraer animales de la naturaleza, para conocer mejor una especie, su biología, su ecología, su distribución o cualquier otro aspecto que fundamente su sacrificio ante criterios humanos, pretendemos que ese sacrificio no sea en vano y que cada ejemplar extraído de su ambiente sea respetado. La fauna de mamíferos de la Argentina ha sido estudiada a lo largo de los años por innumerables investigadores. Gran parte de las colecciones obtenidas han sido históricamente derivadas a museos e instituciones de otros países. En cierto grado esta acción ha sido consecuencia de la carencia de infraestructura adecuada y apoyos institucionales para una conservación y manejo responsable del material. Recién en los últimos años, especialmente con la agrupación de mastozoólogos en una asociación que los representa, la SAREM (Asociación Argentina para el Estudio de los Mamíferos), ha comenzado un proceso de concientización sobre el valor de las colecciones, la importancia de una cuidadosa preparación de los especímenes, y la potencialidad de éstos para incrementar el conocimiento de nuestra fauna y su conservación. De este modo, se ha iniciado un camino de excelencia en el mantenimiento de colecciones sistemáticas nacionales y una comprensión del rol del curador en el procesamiento y cuidado de las mismas. La mastozoología es una ciencia comparativamente nueva en la Argentina con relación a otros países del mundo; a pesar de los años de historia mastozoológica, el desarrollo de grupos de investigación y proyectos en este tema es reciente. Este casi explosivo impulso de la mastozoología en nuestro país requiere aún de la práctica y desarrollo de técnicas básicas que garanticen un crecimiento adecuado para las colecciones sistemáticas, aprovechar al máximo la información obtenida y, sobre todo, concientizar respecto a que los ejemplares colectados no pertenecen a las personas sino a las instituciones. Éstas, a su vez, deben afirmar su compromiso con la ciencia y estar al servicio de ella, favoreciendo el desarrollo de proyectos y habilitando los caminos por el que desean transitar quienes, con esfuerzo y entusiasmo, dedican sus vidas al conocimiento de nuestros mamíferos.

## AGRADECIMIENTOS

A los miembros del PIDBA y personal de la Colección Mamíferos Lillo (Facultad de Ciencias Naturales e Instituto Miguel Lillo, Universidad Nacional de Tucumán) por el esfuerzo diario para mantener las colecciones, en condiciones óptimas, a servicio de investigadores y estudiantes. Al CONICET por su apoyo al desarrollo de proyectos de investigación. Al Sr. José Aguilar por las ilustraciones de las figuras del proceso de taxidermia, que fueron realizadas sobre la base de las publicadas por Nagorsen y Peterson (1980).

# LITERATURA CITADA

Abrams, E. 1948. Microbiological deterioration of organic material: its prevention and methods of test. Nat. Bureau. Stand. Misc. Publ., 188:1-48.

American Society of Mammalogists. 1974. Report and recommendations of the advisory committee for Systematic resources in Mammalogy. American Society of Mammalogists, Published Independently, 30 pp.

Anderson, R. M. 1965. Methods of collecting and preserving vertebrates animals. Bulletin Natural Museum Canada, 69(8):1-199.

Anónimo, 1982. Bats. Data, measurements and preservation: 1-7. Trustees Natn. Mus. Monm. Zimbabwe, Causeway.

Austin, W. E. 1922. Principles and practices of fur dressing and fur dyeing. D. Van Nostrand Co., New York, 191 pp.

Barbour, R. W., y W. H. Davis. 1969. Bats of America. University Press Kentucky, Lexington, 1-286.

Biswas, B. 1968. Mammals. Their collection and preservation for study. Pp. 139-152. *En*: A handbook for zoological collects, (A. P. Kapur, ed.). Zoological Survey of India, Calcutta, 5:1-152.

Bolin, R. L. 1935. A method for preparing skeletons of small vertebrates. Science, 82:446.

Budin, O. A. 1988. Preparación de esqueletos de vertebrados. Miscelanea 81. Ministerio de Educación y Justicia, Fundación Miguel Lillo, 1-25.

Carriker, M. R. 1976. The crucial role of systematics in assessing pollution effects on the biological utilization of estuaries. Pp. 487-506, *En:* Estuarine pollution control and assessment, Proceeding of Conference, Volumes 1 and 2, (U.S.E.P.A., Office of Water Planning and Standards) U. S. Government Printing Office, Washington, D. C.

Cato, P. S., y S. L. Williams. 1993. Guidelines for developing policies for the management and care of Natural History Collections. Collection Forum, 9(2):84-107.

Choate, L. R., J. F. Eisenberg, M. L. Johnson, T. L. Kunz, A. T. Linzey, J. H. Shaw, J. M. Taylor y B. Wunder. 1987. Acceptable field methods in Mammalogy: Preliminary guidelines approved by the American Society of Mammalogists. American Society of Mammalogists, 68(4):1-18.

Cordon, T. C. 1965. Control and estimation of fungal resistance of leather. Pp. 333-368, *En*: Chemistry and technology of leather. Volumen

IV. Evaluation of leather. (F. O'Flaherty, W. T. Roddy, and R. M. Lollar, eds.). Amer. Chem. Soc. Mono. Ser., 134(8):1-440.

Christie, M. I. 1994, Estado del conocimiento sobre los Mamíferos Argentinos: especies, ejemplares y documentación. Mastozoología Neotropical, 1(2):157-163.

De Blase A. F., y R. E. Martin. 1974. A Manual of Mammalogy with Keys to the Families of the World. W. C. Brown Co. Publications, Dubuque, Iowa, 329 pp.

De Blase A. F., y R. E. Martin. 1981. A Manual of Mammalogy with Keys to the Families of the World. W. C. Brown Co. Publications, Dubuque, Iowa, 436 pp.

Díaz, M. M., M. D. Miotti, P. J. Martinez, y R. M. Barquez. 1996. El uso de arsénico en colecciones mastozoológicas: Ventajas y desventajas. Pp: 80. Libro de resumenes de las XI Jornadas Argentinas de Mastozoología, San Luis, 88 pp.

Edwards, S. R., B. M. Bell, y M. E. King. 1981. Pest control in museums: a status report:. Association of Systematic Collections Publications, Lawrence, Kansas, 57 pp.

Findley, J. S., y C. Jones. 1964. Seasonal distribution of the hoary bat. Journal of Mammalogy, 45:461-470.

Genoways, H. H., y D. A. Schlitter. 1984. Pest control management for Mammal Collections. Proceedings of the Workshop of Management of Mammal Collections in Tropical Environments, Calcutta, 532-558.

Grinnell, J. 1921. The Museum Conscience. Museum Work, 4:62-63.

Hafner, D. J. 1984. Skin-Plus-Skeleton Preparation as the standard mammalian Museum specimen. American Museum of Natural History, 27(29):141-145.

Hall, E. R. 1962. Collecting and preparing study specimens of vertebrates. University of Kansas Publications, Museum of Natural History, 30:1-46.

Hall, E. R., y W. C. Russell. 1933. Dermestid beetles as an aid in cleaning bones. Journal of Mammalogy, 14:372-374.

Harris, R. H. 1959. Small vertebrate skeletons. Museum Journal, 58:223-224.

Hawks, C. A., y S. L. Williams. 1986. Arsenic in Natural History Collections. Leather Conservation News, 2(2):1-4.

Hawks, C. A., S. L. Williams, y J. S. Gardner. 1984. The care of tanned skins in mammal research collections. Museology, 6:3-32.

Hedgpeth, J. W. 1961. Taxonomy; Man's oldest profession. Eleventh Annual University of the Pacific Faculty Research Lecture, May 22, 1961

Heppell, R. 1979. Biological collections, systematics and taxonomic. Mus. Journal, 79: 75-77.

Hildebrand, M. 1968. Anatomical preparations. University of California Press, Berkeley, 100 pp.

Hooper, E. T. 1956. Selections of fats by dermestid beetles, Dermestidae. Journal of Mammalogy, 37:125-126.

Honacki, J. H., K. E. Kinman y J. W. Koeppl (eds.). 1982. Mammals species of the world: a taxonomic and geographic reference. Allen Press, Inc. and The Association of Systematics Collections, Lawrence, Kansas, 694 pp.

Johnson, M. L., y E. Kritzman. 1985. Vapona for pest control in a museum. Acta Zoologica, Fennica, 170:75-76.

Kaplan, H. 1971. Furskin processing. Pergamon Press, Oxford, 15:231 pp.

Lee, W. L.; D. M. Devaney, W. K. Emerson, V. R. Ferris, C. W. Harts, Jr., E. N. Kozloff, F. H. Nichols, D. L. Pawson, D. F. Soule, y R. M. Woollacott. 1978. Resources in invertebrates systematics. American Zoology, 18:167-185.

Lederer, W. H., y R. J. Fensterheim. 1983. Arsenic: industrial, biomedical, environmental perspectives: Van Nostrand Reinhold Co., Inc., New York, 443 pp.

Levi, H. W. 1966. The care of alcoholic collections of small invertebrates. Systematic Zoology, 15:183-188.

Mahoney, R. 1966. Techniques for the preparations of vertebrate skeletons, pp. 327-351, *en*: Laboratory techniques in zoology. Butterworth, Inc., Washington.

Maiorana, V. C., y L. M. Van Valen. 1985. Terrestrial Isopods for Preparing Delicate Vertebrate Skeletons. Systematic Zoology, 34(2):242-245

Mares, M. A., R. A. Ojeda, y R. M. Barquez. 1989. Guía de Mamíferos de la Provincia de Salta, Argentina. University of Oklahoma, Norman, 303 pp.

McGiffin Jr., R. F. 1985. A current status report on fumigation in Museum and Historical Agencies. Technical Report 4, Technical Information Service American Association for State and Local History, 16 pp.

Miller, G. S. 1932. Directions for Preparing Specimens of mammals. Bulletin of the U. S. National Museum 39 (part N).

Nagorsen, D. W., y R. L. Peterson. 1980. Mammal collecto's Manual. Life Sciences Miscellaneous Publications, Royal Ontario Museum, Toronto, 79 pp.

Negherbon, W. O. 1959. Handbook of toxicology, Vol. 3 Insecticides. W. B. Saunders Co. Philadelphia, Pennsylvania, 854 pp.

Parkes, K. C. 1963. The contribution of museum collections to knowledge of the living bird. Living Bird, 2:121-130.

Peltz, P., y M. Rossol. 1983. Safe pest control procedures for museum collections. Center for Occupational Hazards, New York, 8 pp.

Quay, W. B. 1974. Bird and Mammals specimens in fluid-objetives and methods. Curator, 17:91-104.

Raikow, R. J. 1985. Museum Collections, comparative anatomy and the study of filogeny. En: Museum Collections: Their roles and future in biological research (E. H. Miller ed.). British Columbia Provincial Museum, Occasional Paper, 25:113-121.

Schlitter, D. A. 1984. The value of recent Mammal Collections. Proc. Wkshp Mgmt Mammal Colln Tropical Environment, Calcutta, 638-646.

Setzer, H. W. 1963. Directions for preserving mammals for museum study. Smithsonian Institution, Information Leaflet, 380:1-19.

Sommer, H. G., y S. Anderson. 1974. Cleaning skeletons with dermestid beetles-two refinements in the method. Curator, 17:290-298.

Stambolov, T. 1969. Manufacture, deterioration, and preservation of leather. ICOM, Central Res. Lab. for Objects of Art and Sci., Amsterdam, 2:98 pp.

Tiemeier, O W. 1940. The dermestid method of cleaning skeletons. University of Kansas and Sciences Bulletin, 26:377-383.

Valcarel, A. y D. L. Johnson. 1981. A new dermestid repository for skeleton preparation. Curator, 24(4):261-264.

Van Gelder, R. G. 1965. Another Man's poison. Curator, 8:55-71.

Vorhies, C. T. 1948. A chest for dermestid cleaning of skulls. Journal of Mammalogy, 29:188-189.

Williams, S. L. 1993. Feathers y Furs. Caring for bird and mammal products in the home. Virginia Explorer, 20-22.

Williams, S. L. y C. A. Hawks. 1987. History of preparation materials used for recent mammal specimen. Pp: 21-49. *En*: Mammals Collection Management (H. Genoways, C. Jones and O. Rossolimo, eds.). Texas Tech University, Lubbock, 219 pp.

Williams, S. L., R. Laubach, y H. H. Genoways. 1977. A guide to the management of recent mammal collections. Carnegie Museum of Natural History, Special Publication N° 4, Pittsburgh, 1-105.

Williams, S. L., H. H. Genoways, y D. A. Schlitter. 1985. Control of insect pests in Recent mammal collections. Acta Zoologica Fennica, 170:71-73.

Williams, S. l. y S. P. Rogers. 1989. Effects of initial preparation methods on dermestids cleaning of osteological material. Collection Forum, 5(1):11-16.

Williams, S. L., y T. J. McCarthy. 1984. The preservation of bat specimens. Proc. Wkshp. Mgmt. Mammal Colln. Tropical Environment, Calcutta, 61-81.

Wilson, D. E., y D. M. Reeder, eds. 1993. Mammal Species of the world. A taxonomic and geographic reference. Smithsonian Institution Press, Washington and London, 1206 pp.

Yates, T. L. 1985. The role of voucher specimens in Mammal Collections: characterization and funding responsibilities. Acta Zoologica Fennica, 170:81-82.

Yates, T. L. 1987. Value and Potential of the Collection Resource. Mammal Collection Management. Texas Tech University Press, Lubbock, 219 pp.